

**EVALUACIÓN DE DOS TECNICAS COPROPARASITOLÓGICAS PARA EL  
DIAGNÓSTICO DE LARVAS DE NEMÁTODOS INTESTINALES Y  
DETERMINACIÓN DE *Strongyloides stercoralis* EN POBLACIÓN RURAL  
DEL MUNICIPIO DE TIERRALTA – CÓRDOBA.**

**INDIRA INÉS ESPITIA VARGAS**

**UNIVERSIDAD DE CÓRDOBA  
FACULTAD CIENCIAS DE LA SALUD  
DEPARTAMENTO DE BACTERIOLOGÍA  
MONTERÍA  
2010**

**EVALUACIÓN DE DOS TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS PARA EL  
DIAGNÓSTICO DE LARVAS DE NEMÁTODOS INTESTINALES Y  
DETERMINACIÓN DE *Strongyloides stercoralis* EN POBLACION RURAL DEL  
MUNICIPIO DE TIERRALTA – CÓRDOBA.**

**Trabajo de grado para optar el título de Bacterióloga**

**INDIRA INÉS ESPITIA VARGAS**

**Directora  
MAYRA RACINY ALEMÁN. M.Sc**

**UNIVERSIDAD DE CÓRDOBA  
FACULTAD CIENCIAS DE LA SALUD  
DEPARTAMENTO DE BACTERIOLOGÍA  
MONTERÍA  
2010**

**El Jurado calificador del trabajo no será responsable de las ideas emitidas  
por los autores (Artículo 46, Acuerdo 006 de mayo de 1979)  
(Consejo Directivo)**

**NOTA DE ACEPTACIÓN**

---

---

---

**Presidente Del Jurado**

---

**Jurado**

---

**Jurado**

**Montería, noviembre 3 de 2010**

## **DEDICATORIA**

*A Dios nuestro creador,*

*A mi hija,*

*A mis padres, y especialmente a mi hermana, docentes y amigos*

*A todos los profesionales y demás personas interesadas en el conocimiento de  
las enfermedades parasitarias*

*Indira Inés*

## **AGRADECIMIENTOS**

La autora expresa sus agradecimientos a:

Mayra Raciny Alemán, M.Sc por la dirección de la investigación.

Alberto Mestra Pineda MVZ. Esp. Por la asesoría metodológica.

Los miembros del Jurado calificador:

Alberto Mestra Pineda, MVZ. Esp.

Oliva Ennis Otero, Bactrerióloga. Esp.

.A todas las personas que hicieron posible la realización del presente trabajo.

## CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	10
2. OBJETIVOS	15
2.1. OBJETIVOS GENERALES	15
2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	14
3. MARCO REFERENCIAL	15
3.1. DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO	15
3.1.1. Técnicas cualitativas para el diagnostico coproparasitológico	16
3.1.1.1 Examen directo	16
3.1.2. Técnicas cuantitativas para el diagnostico coproparasitológico	16
3.2. DIAGNOSTICO DE NEMATODOS INTESTINALES	16
3.1.1.2 Técnicas de concentración o enriquecimiento	17
3.2.1. Cultivo en placas de agar	19
3.2.2 Cultivo en papel filtro en tubo (Harada-Mori)	20
3.2.3 Técnica de Baerman	21
3.2.4. Técnica de Ritchie Frick o centrifugación con formol-eter	22
3.3. <i>Strongyloides stercoralis</i>	22
3.3.1. MORFOLOGÍA	24
3.3.1.1. Hembra adulta	24
3.3.1.2. Larva rhabditiforme	24
3.3.1.3 Larvas filariforme	25
3.3.1. 4 Adultos hembras y machos de vida libre	25
3.3.2. CICLO DE VIDA	25
3.3.3 FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA INFECCIÓN	27
3.3.4. MANIFESTACIONES CLINICAS	27
3.3.5. TRATAMIENTO	28

3.3.6 DIAGNÓSTICO	29
4. METODOLOGÍA	31
4.1 TIPO DE INVESTIGACIÓN	31
4.2 LUGAR DE ESTUDIO	31
4.3 TIEMPO DE ESTUDIO	31
4.4 POBLACIÓN Y MUESTRA	32
4.4.1. Población	32
4.4.2. Muestra	32
4.5 CRITERIOS DE INCLUSIÓN	32
4.6 CRITERIOS DE EXCLUSIÓN	33
4.7 PROCEDIMIENTOS	33
4.7.1 Fase de campo	33
4.7.2 Fase de laboratorio	34
4.8 CONSIDERACIONES ÉTICAS	35
4.9 ANÁLISIS DE LOS RESULTADOS	35
5. RESULTADOS	33
5. DISCUSION	33
6. CONCLUSIONES	37
7. RECOMENDACIONES	42
BIBLIOGRAFÍA	43
ANEXOS	47



## LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Larva rabdhitoide de <i>Strongyloides stercoralis</i>	23
Figura 2. Primordio genital en larva rabdhitoide <i>Strongyloides stercoralis</i>	24
Figura 3. Larva filariforme de <i>Strongyloides stercoralis</i>	24
Figura 4. Ciclo de vida de <i>Strongyloides stercoralis</i>	25
Figura 5. Porcentaje de larvas según técnica diagnóstica	37

## LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Frecuencia y porcentaje de muestras remitidas	33
Tabla 2. Frecuencia y porcentaje de muestras remitidas por vereda	33
Tabla 3. Frecuencia y porcentaje de muestras positivas por edades	34
Tabla 4. Frecuencia y porcentaje de muestras remitidas según sexo	35
Tabla 5. Frecuencia y porcentaje de larvas según técnicas diagnosticas	36

## LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo A. Protocolo técnica de cultivo en agar	33
Anexo B. protocolo preparación de agar nutritivo	33
Anexo C. Protocolo técnica de cultivo en papel filtro (Harada-Mori)	33

## RESUMEN

**Objetivo.** Evaluar dos técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de larvas de nemátodos intestinales y determinar la presencia de *Strongyloides stercoralis* en el municipio de Tierralta – Córdoba, durante los meses de febrero-agosto de 2010. **Materiales y Métodos.** Estudio de tipo descriptivo, prospectivo de corte transversal. La muestra se obtuvo mediante muestreo por conveniencia, escogiendo la totalidad de los participantes de un macroproyecto de asociación entre malaria y geohelminths. En la fase de campo la recolección de las muestras se hizo por parte del médico investigador del macroproyecto, quien registro todos los datos demográficos y epidemiológicos de los participantes. A nivel de laboratorio las muestras se procesaron por medio de los métodos de cultivo en papel filtro Harada-Mori y cultivo en placa de agar. Las muestras también fueron enviadas al Laboratorio de Parasitología de la Universidad Nacional en Bogotá, Los datos demográficos, epidemiológicos y parasitológicos de cada uno de los participantes se sistematizaron en una base de datos en el programa Excel. Posteriormente fueron analizados con estadística descriptiva y los resultados se tabularon en tablas y gráficos para un mejor entendimiento. **Resultados.** El 58% de las muestras fueron positivas para la presencia de larvas, de estas el 51.1% fueron positivas por el cultivo en papel filtro (Harada Mori) y el 48.9% positivas por el cultivo en agar. El cultivo en placa de agar fue más sensible 100% que el cultivo en papel filtro 0% para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. La identificación de larvas, mostro que las más frecuentes fueron las de vida libre (61.4%) seguidas de uncinarias (37.7%) y *S. stercoralis* con menos del (1%). La prevalencia estimada de *S. stercoralis* fue de 0.42%. **Conclusiones.** Los resultados muestran que el cultivo en agar es una técnica sensible en el diagnóstico de nematodos intestinales, especialmente *Strongyloides stercoralis*, su uso en los laboratorios de rutina permitiría determinar valores reales de la circulación de *Strongyloides stercoralis* en poblaciones donde se sospeche su presencia.

**Palabras claves:** diagnóstico parasitológico, cultivo en placa de agar, cultivo en papel filtro, larvas, *Strongyloides Stercoralis*.

## INTRODUCCIÓN

Alrededor de cien millones de personas en el mundo se encuentran infectadas con *S. stercoralis* (Arango, 1998), siendo las poblaciones ubicadas en zonas tropicales quienes presentan las más altas prevalencias. En Colombia, la prevalencia de *S. stercoralis* es cambiante, de acuerdo a la población estudiada. El primer caso documentado de autoinfección ocurrió en la ciudad de Medellín en 1957 (Arango, 1998). En la población general se encontró una prevalencia del 14% en el barrio Siloé de Cali y de 6.6% en ocho barrios de Villavicencio. La prevalencia según los datos del Estudio Nacional de Morbilidad de 1980 fue del 2% (Corredor, *et al.*, 2000). Otros estudios puntuales realizados en el país en diferentes regiones y en la población infantil muestran prevalencias más elevadas; por ejemplo en Córdoba, localidad cerca a Buenaventura, se encontró una prevalencia de 16% en niños menores de seis años (Arango 1998); en zona rural de Quipile, Cundinamarca, la Unidad de Parasitología de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional de Colombia adelantó un estudio de parasitismo intestinal en niños escolares, encontrando una prevalencia de 4.5% para *S. stercoralis* (Reyes *et al.*, 1999). En otra población infantil de la región de la Amazonía colombiana el parásito más frecuentemente aislado fue *S. stercoralis* con un 47.3% (Ordóñez *et al.*, 2002).

*Strongyloides stercoralis* es un nematodo intestinal, de tamaño pequeño que produce diferentes daños a nivel de la mucosa intestinal, déficit vitamínico y proteico y alteración de la inmunidad humoral y celular (Botero *et al.*, 2003), por tanto crea condiciones favorables en el hospedero para su supervivencia y reproducción. Su presencia es común en las regiones tropicales y subtropicales, siendo más prevalente en áreas rurales y agrícolas, con déficit sanitario,

desfavorables condiciones socioeconómicas y de hacinamiento las cuales facilitan su diseminación.

Los estudios realizados sobre estrongiloidiasis han empleado diversos métodos diagnósticos, dentro de los cuales se encuentran unos con mejor sensibilidad que otros. Adicionalmente el número de muestras estudiadas que permiten la visualización de las larvas afecta directamente la sensibilidad de los mismos. Actualmente en nuestro país y en particular en el departamento de Córdoba, la técnica de rutina empleada en los laboratorios clínicos es el examen directo con solución salina y lugol, la cual tiene poca sensibilidad, esto trae como consecuencia una subvaloración del proceso infeccioso. La identificación eficaz del nematodo se realiza por medio de métodos que aprovechan el termo e hidrotropismo de las larvas para concentrarlas biológicamente y en otros que facilitan el embrionamiento de los huevos. Estos métodos no están disponibles en los laboratorios de diagnóstico clínico rutinariamente, impidiendo conocer la verdadera prevalencia del helminto.

En la población rural del municipio de Tierralta-Córdoba, en la que existen las condiciones socioepidemiológicas que favorecen la transmisión del parásito, no se conoce la prevalencia de *S. stercoralis*; condición importante que exige ser determinada por medio de métodos diagnósticos sensibles, teniendo en cuenta que esta población exhibe comportamientos y patologías que pueden cursar concomitantemente con *S. stercoralis*. Por tal motivo se determinó la presencia de *S. stercoralis* y se evaluaron dos métodos coproparasitológicos para su diagnóstico como fueron las técnicas de Harada Mori y Cultivo en agar en el municipio de Tierralta – Córdoba.

La investigación desarrollada genera los primeros datos relacionados con la circulación de *S. stercoralis* en la población rural del municipio de Tierralta,

contribuyendo con la epidemiología local y brindando espacios para trabajar sobre esta línea en la formulación de propuestas y estudios a futuro.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1 GENERAL**

Evaluar dos técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de larvas de nematodos intestinales y determinar la presencia de *Strongyloides stercoralis* en el municipio de Tierralta – Córdoba, durante los meses de febrero-agosto de 2010.

### **2.2 ESPECÍFICOS**

- ✓ Comparar dos técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de larvas de nematodos intestinales.
- ✓ Identificar las larvas de nematodos intestinales en muestras de materia fecal.
- ✓ Calcular la frecuencia de larvas de nematodos intestinales en población rural del municipio de Tierralta - Córdoba.
- ✓ Estimar la prevalencia *S. stercoralis* en la población rural del municipio de Tierralta - Córdoba.



### 3. MARCO TEORICO

#### 3.1 DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO

Las infecciones parasitarias intestinales son cosmopolitas y deben incluirse en cualquier diagnóstico diferencial, siempre que se trate de un paciente con síntomas compatibles con alguna patología de origen parasitario. La valoración de parásitos intestinales en muestras de materia fecal se realiza a través de técnicas que indican la presencia de los mismos o cuantifican el grado de infección causado por ellos. Estas técnicas coproparasitarias se clasifican en técnicas cualitativas y técnicas cuantitativas, las cuales son complementarias y conducen hacia un diagnóstico confiable de parásitos intestinales.

**3.1.1 Técnicas cualitativas para el diagnóstico coproparasitológico** Son de gran ayuda por poder realizarse en forma rápida durante el examen clínico, brindando elementos de fuerza para llegar a diagnósticos más precisos. Estas técnicas no indican la cantidad de parásitos existentes pero informan en términos cualitativos la etiología y el grado de la infección.

**3.1.1.1 Examen Directo.** Conocido con el nombre de coprológico, es de gran utilidad en el diagnóstico de formas vegetativas y/o quísticas de protozoarios intestinales y de huevos de helmintos. Se requiere de muestras frescas para evitar la alteración de formas vegetativas y/o quísticas de protozoarios o el desarrollo de huevos de helmintos a estados de mórula o larvas que impiden el adecuado reconocimiento. Esta técnica no indica la cantidad de parásitos existentes pero informa en términos cualitativos el grado de la infección. Tradicionalmente se ha utilizado el sistema de cruces según campos microscópicos para valorar el grado de infección, al igual que se hace para determinar presencia de bacterias, hematíes y otras células en los exámenes de orina. De acuerdo a los diferentes géneros que puedan estar ocasionando

infección intestinal, se conoce que una infección con intensidad moderada tiene una carga parasitaria entre el rango de 1000 a 49999 huevos por gramo de heces y menos de 25 larvas por gramo de heces (INS, 2003). Por lo tanto el estudio de una sola muestra de materia fecal por esta técnica afecta considerablemente la sensibilidad de la misma, lo cual hace de este examen muy poco práctico. El análisis seriado de una, tres y siete muestras de materia fecal incrementa la sensibilidad del examen directo en un 30%, 50% y 100% respectivamente. (Carrada, 2008).

**3.1.1.2 Técnicas de concentración o enriquecimiento.** Se fundamenta en la utilización de soluciones que obligan a la concentración de las formas parasitarias como huevos y/o larvas, para luego ser recuperadas y observadas. Son varias las técnicas de enriquecimiento que permiten la utilización de métodos de flotación, sedimentación o migración larvaria. Dentro de estas se encuentran: técnicas de flotación sencilla y con solución salina saturada, las cuales permiten identificar la presencia de huevos de parásitos intestinales, el método de Graham que recupera huevos depositados en la región perianal del hospedero, la técnicas de Baermann que permite obtener estadios larvales y los coprocultivos con diferentes sustratos que permiten la conservación de temperatura (25-30°C) y humedad (80-100%) y además de proporcionar nutrientes a las fases de desarrollo de huevo a larva infectante (López, 2003).

**3.1.2 Técnicas cuantitativas para el diagnostico coproparasitológico:** Indican la cantidad de parásitos existentes en la muestra estudiada, informando de esta forma el grado de la infección. Tradicionalmente se ha utilizado el sistema de valoración de huevos por gramo de materia fecal (h.p.g) o de larvas por gramo de materia (l.p.g) según sean las formas parasitarias diagnosticadas. El rango de sensibilidad de estas técnicas permite detectar de 10 a 50 huevos y/o larvas por gramo de heces (hpg), incrementándose en aquellos casos donde las modificaciones favorecen la eclosión larval y el mantenimiento de las estructuras.

Las técnicas más frecuentemente utilizadas son: la técnica Universal (> 10 hpg), la de Stoll (>20 hpg); así como la técnica de McMaster (> 50 hpg), siendo ésta última la más empleada debido a que es rápida y sencilla (López, 2003).

### **3.2 DIAGNÓSTICO DE NEMATODOS INTESTINALES**

Las técnicas convencionales usadas en los laboratorios clínicos de forma rutinaria para el diagnóstico de nematodos intestinales, especialmente geohelminthos transmitidos por estadios larvales no tienen la sensibilidad que permitan obtener resultados confiables para la identificación definitiva de las larvas de estos, en especial de *S. stercoralis*. Mediante un adecuado procesamiento de muestras de materia fecal recolectadas en condiciones óptimas se puede favorecer la eclosión de los huevos y recuperar las larvas después de un periodo no muy largo de incubación, de tal forma que se puedan obtener estructuras diagnósticas visibles y de esta manera no se generen subregistros de los distintos agentes etiológico y patologías. Técnicas como el cultivo en agar, cultivo en papel filtro (Harada Mori), técnica de Baerman y técnica de Ritchie Frick que se basan en el fundamento antes descrito y en la concentración de la muestra de materia fecal han permitido identificar un mayor número de casos a la hora de diagnosticar nematodos intestinales especialmente *S. stercoralis*.

**3.2.1 Cultivo en placas de agar** Esta técnica fue descrita inicialmente en 1990 en el Japón por Arakaki, quien descubrió por accidente y con sagacidad como en las cajas de petri de un coprocultivo aparecieron trazos serpentiginosos de bacterias, como resultado de la movilización de larvas de *S. stercoralis* en las heces inoculadas (Fallas, *et al* 2000). Con base en este hallazgo se diseñó un método diagnóstico para este parásito, que se fundamenta en la presencia de larvas de *S. stercoralis* en materia fecal, las cuales, si están presente, se moverán por la superficie del medio de cultivo, diseminando las bacterias que arrastrarán en su cuerpo, de manera que al día siguiente de la incubación esos trazos aparecerán

marcados por colonias de bacterias y las larvas se identificarán fácilmente (Fallas *et al.*, 2000).

Es útil únicamente en el diagnóstico de *S. stercoralis* y uncinarias (Botero *et al.*, 2003) generalmente se utiliza un agar nutritivo depositado en placas de Petri donde se siembra la materia fecal fresca y se incuba durante 2 a 3 días a 30 °C. Las larvas móviles arrastran bacterias y dejan trazos o huellas visibles sobre el sustrato sólido. Estas pueden observarse con un microscopio invertido o puede lavarse la superficie del agar con solución formolada, la cual se recoge, centrifuga y se visualiza y analiza el sedimento microscópicamente (Kozubsky, 2004). Si la placa se incuba más de seis días, pudieran hallarse también larvas de uncinarias y adultos de vida libre. Este método tiene sensibilidad de 95.24% frente a sólo 4.76% del examen directo (Carrada, 2008). Se señalan algunas limitaciones del método antes descrito:

1. En caso que se usen muestras de heces muy viejas, no es posible recuperar las larvas, ya que solo logra recuperar larvas viables en la muestra inicial, y podemos reportar entonces falsos negativos.
2. Las muestras que han sido refrigeradas no son aptas para el cultivo (García, 1999).

**3.2.2 Cultivo en papel filtro en tubo (Harada Mori)** Fue descrita inicialmente en el año 1955 por Harada y Mori como una técnica de concentración de larvas. Esta técnica se fundamenta en el embrionamiento y separación de larvas sobre papel filtro y su principal utilidad es el estudio de larvas de nematodos como *S. stercoralis*, uncinarias y *Trichostrongylus* sp. (Botero *et al.*, 2003). La técnica consiste en una tira de papel de filtro, untada en su región central con 0.5 a 1.0 g de heces, la cual se inserta en un tubo de centrífuga con agua destilada, el tubo se mantiene a temperatura ambiente durante 3 a 4 días, en posición vertical o inclinando ligeramente. El papel filtro debe permanecer humedecido por capilaridad, pasado el tiempo de incubación se recoge una pequeña cantidad de

líquido del fondo del tubo, se centrifuga y se examina para buscar las larvas. (Universidad de los andes, 2010).

Algunas limitaciones de estas técnicas son:

1. Esta técnica permite identificar larvas de nematodos y de vida libre, en caso que las muestras hayan sido contaminadas con tierra o agua. La distinción entre estas dos formas, se hace teniendo en cuenta que las larvas de vida libre son más sensibles a los cambios de pH y son fácilmente destruidas por la acidez. Para esto se añade 0,3 ml de ácido clorhídrico concentrado en 10 ml del agua que contienen las larvas (ajustar el volumen en consecuencia para lograr una dilución 1:30 de ácido). En donde los nematodos de vida libre son destruidos, mientras que las especies sobreviven a esta solución.
2. Las muestras de materia fecal no deben ser refrigeradas ya que las larvas son muy sensibles al frío (García, 1999).

**3.2.3 Técnica de Baermann** Fue inicialmente descrito para la búsqueda de larvas de nemátodos fitopatógenos en suelo, y luego se adaptó a la investigación de *S. stercoralis* en heces. Se fundamenta tanto en el termotropismo como en el hidrotropismo positivos de estas larvas, para concentrarlas biológicamente. Aunque es una técnica sencilla es engorrosa de realizar, y es considerada como una de las más sensibles para el diagnóstico de nematodos. Consiste en colocar entre 10 a 50 gramos de heces en contacto con agua a 45°C, de manera que las larvas migran de las heces al agua; así, luego de un periodo de incubación de una a dos horas o incluso de toda la noche, se centrifuga el agua y se analiza al microscopio de luz buscando las larvas. (Moraes *et al.*, 1993).

Al igual que otras técnicas de diagnóstico, esta ha sufrido modificaciones con el fin de hacer mas practico su procedimiento. (Suvajdzic *et al.*, 1999)

**3.2.4 Técnica de Ritchie Frick o centrifugación con formol éter** Es el método más utilizado para concentrar quistes de protozoos, huevos y larvas de helmintos. (Navone *et al.*, 2005). Así mismo permite identificar huevos con opérculos y en algunos casos de esquistosoma. Es útil también para examinar materias fecales con gran cantidad de elementos grasos. (Rivera *et al.*, 2007). Se fundamenta en la acción del formol el cual fija los huevos, larvas de helmintos y los quistes de protozoarios. El eter emulsifica las grasa presentes y permite a su vez que el formol actúa disminuyendo la tensión superficial. (Chacon *et al.*, 2007).

El procedimiento de la técnica consiste en mezclar en un envase 1 g de heces con 10 mL de formol al 10 %. Posteriormente se deja en reposo durante 5 minutos y se procede a tamizar a través de una gasa en un tubo de centrifuga. Luego se agregan 2 gotas de éter. Esta suspensión se mezcla y centrifuga a 2000 rpm durante 2 minutos, luego se descarta el sobrenadante. Se re suspende el sedimento con 2 gotas de solución salina y se observa al microscopio (Chacon *et al.*, 2007).

### 3.3 *Strongyloides stercoralis*

Del género *Strongyloides* pueden infectar al hombre dos especies: *S. stercoralis* y *S. fuelleborni*. El primero es específico del hombre y el segundo es propio de primates africanos pero se ha visto en seres humanos de Oceanía. (Arango, 1998). *S. stercoralis* es un nematodo muy pequeño que vive en la mucosa del intestino delgado principalmente, duodeno y yeyuno. El parásito macho no existe y se ha comprobado que la hembra es partenogenética (Botero *et al.*, 2003).

La parasitosis por *S. stercoralis* es menos frecuente que las causadas por uncinarias, *Ascaris lumbricoides* y *Trichuris trichiura*, teniendo características clínicas especiales en pacientes inmunodeprimidos, condición de importancia en los estudios actuales (Botero *et al.*, 2003). Su prevalencia se incrementa en pobladores que habitan en zonas rurales que carecen de condiciones socioeconómicas adecuadas, como una inadecuada eliminación de excretas, gran deficiencia de higiene personal, tendencia a permanecer descalzo, inadecuado saneamiento ambiental y desmotivación para implementar normas higiénico-sanitarias en la comunidad (Figuera, 2002).

El diagnóstico de laboratorio de las infecciones del hombre por *S. stercoralis* es complejo, además, la eliminación de las larvas por parte del individuo infectado es en bajo número y temporalmente variable (Drever 1996). Por esto, las técnicas de diagnóstico antes mencionadas son especialmente sensibles para detectar la presencia de este nemátodo.

**3.3.1 Morfología** El género *Strongyloides* presenta varios estadios:

**3.3.1.1 Hembra adulta.** De aspecto filiforme, transparente, mide 2.2 mm de longitud x 50 µm de diámetro. Tiene un esófago cilíndrico ubicado en el tercio

anterior del cuerpo, que se continúa con el intestino y termina en el orificio anal, cerca al extremo posterior del cuerpo (Arango, 1998). Posee dos úteros que contienen pocos huevos, de 50-55  $\mu$  por 35  $\mu$  siendo su potencial biótico de 40 huevos/día/hembra (Kozubsky *et al.*, 2004).

**3.3.1.2 Larva rhabditiformes.** Conocida como L1, es móvil, mide 250  $\mu$ m de longitud x 15  $\mu$ m de diámetro (Figura. 1). Tiene un extremo anterior romo, cavidad bucal corta, que lleva al esófago donde hay cuerpo, istmo y bulbo, y se continúa con el intestino para desembocar en el ano en el extremo posterior. Posee un primordio genital grande, (figura 2) en forma de media luna que se ubica un poco por detrás de la mitad del cuerpo. Su período de vida es corto, lo que limita la fecundidad.



Figura 1. Larva rabdhitoide o L1

Fuente: [medicina.udea.edu.co/parasitologia/Nematoda.html](http://medicina.udea.edu.co/parasitologia/Nematoda.html)





Figura 2. Primordio genital en L1

Fuente: [www.gefor.4t.com/parasitologia/strongyloidess](http://www.gefor.4t.com/parasitologia/strongyloidess)

**3.3.1.3 Larva filariforme.** Conocida como L3 (Figura 3), es infectante, más fina y alargada que las L1. Mide 500-700  $\mu\text{m}$  de longitud x 20  $\mu\text{m}$  de diametro; en el extremo anterior hay un estilete y presenta esófago cilíndrico, sin bulbo muscular, que ocupa la mitad del cuerpo y su extremo posterior tiene una terminación bífida característica. Esta constituye la forma infectante.

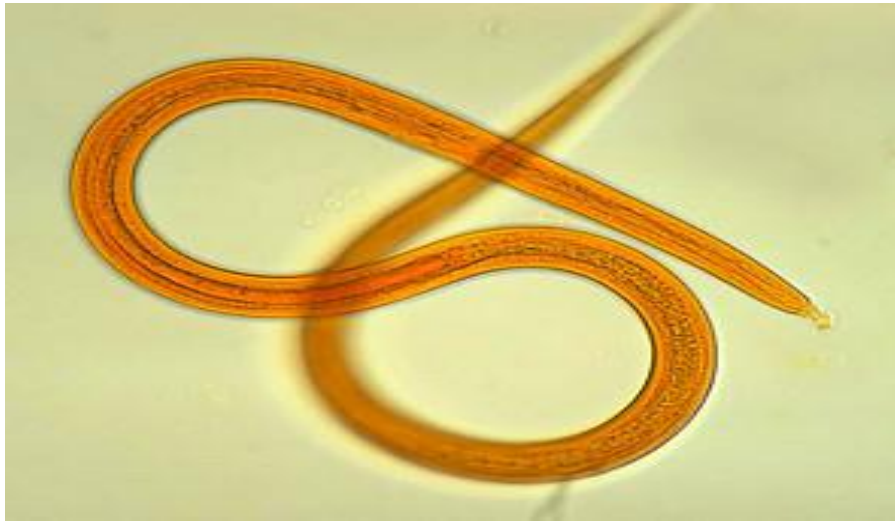


Figura 3 Larva filariforme

Fuente: [www.gefor.4t.com/parasitologia/strongyloidess](http://www.gefor.4t.com/parasitologia/strongyloidess)

**3.3.1.4 Adultos hembras y machos de vida libre.** Se identifican machos y hembras, con 7 mm y 10 mm de longitud, respectivamente. En los adultos ciertos tejidos crecen por endorreplicación para permitir el desarrollo sexual. (Arango 1998)

**3.3.2 Ciclo de vida.** *Strongyloides stercoralis* tiene un ciclo de vida complejo que incluye un ciclo directo, un ciclo de autoinfección y un ciclo de vida libre (Figura 4) (Herrera *et al.*, 2006)

Sólo las hembras parásitas se encuentran en el hospedero humano, estas se incrustan en la submucosa de el duodeno, en donde por medio de partenogénesis producen decenas de huevos embrionados por día. Estos son incubados en la luz intestinal para luego salir con las heces y en el ambiente convertirse en larvas infectantes de tercer estadio o en machos y hembras adultas. Por otra parte, las larvas pueden desarrollar a la tercera fase aún dentro del tracto gastrointestinal y penetrar en la mucosa intestinal y dar inicio de un

nuevo ciclo de infección sin tener que abandonar su huésped. (Herrera *et al.*, 2006).

Los adultos de vida libre se reproducen sexualmente y la descendencia se convierte en larvas de tercer estadio. Las larvas infectantes L3 son capaces de penetrar la piel del huésped humano, llegar a los pulmones a través de la circulación sanguínea y entrar en las vías del sistema respiratorio, a partir de la deglución estas pasan desde la tráquea hasta el intestino, en donde se convierten a hembras adultas (Herrera *et al.*, 2006).

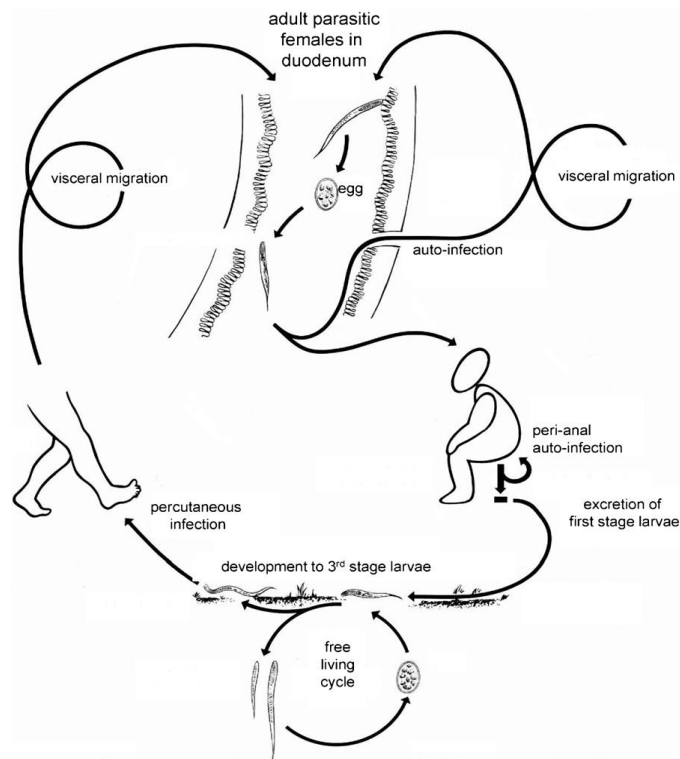


Figura 4. Ciclo de vida *Strongyloides stercoralis*

Fuente: Herrera, 2006

### 3.3.3 FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA INFECCIÓN

El mayor factor de riesgo para adquirir la infección por *S. stercoralis* es haber estado en una zona endémica. De igual forma bañarse en ríos y consumir agua no potable contaminada con materia fecales de personas infectadas, representa un importante foco de infección. Otros factores de riesgo son el empleo en la agricultura y la jardinería de aguas contaminadas. Los médicos debe estar familiarizado con los datos epidemiológicos, así como características clínicas de esta infección para así contribuir a que el personal del laboratorio realice un mejor diagnostico (Herrera *et al.*, 2006).

### 3.3.4 MANIFESTACIONES CLÍNICAS

Clínicamente la infección puede ser aguda o crónica; además se describe la hiperinfección y la infección diseminada (Keiser, *et al.*, 2004). En el sitio de entrada de la larva se produce una reacción local que es inmediata y puede durar algunas semanas. El paso de las larvas por el pulmón mimetizan una bronquitis con irritación traqueal y tos. Después de dos semanas de la infección ocurren los síntomas gastrointestinales caracterizados por diarrea, constipación, anorexia y dolor abdominal. Ya en esta fase las larvas son detectables en las heces (Freedman *et al.*, 1991). En los casos sintomáticos se ha atribuido varios signos y síntomas a la infección por este nematodo, entre las que se incluyen vómitos, diarrea, constipación y borborigmos. El prurito anal y manifestaciones dermatológicas tales como urticaria y larva currens son comunes (Pelletier *et al.*, 1985) episodios de asma recurrente (Tullis 1970) y síndrome nefrótico, también se asocian con la infección crónica por *S. stercoralis*. La infección crónica frecuentemente es asintomática (Genta 1989).

### 3.3.5 TRATAMIENTO

El tratamiento recomendado para la estrongiloidiasis es la ivermectina (200 mg/ kg de peso corporal en una sola dosis) o albendazol (400 mg al día durante 3 días) (Herrera *et al.*, 2006).

### 3.3.6 DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de estrongiloidiasis es complicado debido a que los pacientes presentan en su mayoría síntomas gastrointestinales inespecíficos. Los médicos deben tener un alto índice de sospecha, sobre todo en pacientes inmunodeprimidos, y en los estados de inmunodeficiencia por fármacos, además después del trasplante de órganos o enfermedades autoinmunes y enfermedades inflamatorias crónicas de las vías gastrointestinales. La estrongiloidiasis debe ser diagnosticada de manera rápida y oportuna para así evitar complicaciones (Ghoshal *et al.*, 2006).

De entrada, debe recordarse que la hembra partenogénica ovipone 50 huevos por día, en comparación con *Ascaris lumbricoides* 242 mil por día, por tanto, las L-1 rabaditiformes del *S. stercoralis* existentes en las heces, son pocas y su liberación no es continua, sino intermitente (Carrada *et al.*, 2008), por tanto el examen directo convencional ofrece muy baja sensibilidad en el diagnóstico de este parásito. Lo que señala la necesidad de procesar entre cinco y siete muestras, usando técnicas más sensibles que el examen directo, tales como método Baermann (MBN), o el cultivo en placa de agar (CPA), de otra manera se subestima la prevalencia real de la parasitosis. (Carrada *et al.*, 2008), La detección de antígenos en materia fecal pueden representar un muy útiles y rápidos en el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis* (Agrawala *et al.*, 2009)

En conclusión el diagnóstico de estrongiloidiasis se dificulta en la práctica clínica por tres razones fundamentales: 1) Inespecificidad de la sintomatología; 2) Los médicos no están familiarizados con las técnicas diagnósticas que deben emplear o porque los laboratorios clínicos no los realizan de rutina. *Strongyloides stercoralis* requiere técnicas especiales para el diagnóstico debido a la biología particular del helminto (Lin *et al.*, 2004), 3), por tanto se considera indispensable el uso de las técnicas adecuadas para el diagnóstico como son la técnica de cultivo en agar, técnica de Ritchie frick, cultivo en papel filtro (Harada-Mori) y técnica de Baerman.

Estas técnicas especiales intentan aumentar la probabilidad de detectar la larva concentrando las heces, cultivándolas o aprovechando el termotropismo positivo de las larvas rhabditoides (Botero *et al.*, 2003).

## **4. METODOLOGÍA**

### **4.1 TIPO DE INVESTIGACIÓN**

Estudio de tipo descriptivo, prospectivo de corte transversal.

### **4.2 LUGAR DE ESTUDIO**

El municipio de Tierralta está localizado al extremo sur-occidental del departamento de Córdoba la latitud norte 8°10'34" y longitud oeste 76°03'46" del meridiano de Greenwich. Limita al norte con el municipio de Montería, al noroccidente con el municipio de Valencia; al suroccidente con el departamento de Antioquia; por el oriente con el municipio de Montelíbano y por el nororiente con el municipio de Planeta Rica. Tiene una extensión total de 5.079 Km<sup>2</sup>, y una latitud de 51 m sobre el nivel del mar (m.s.n.m). Temperatura media de 27,3° C°. con una población de 100.191 habitantes, 66595 en la cabecera municipal y 33596 en la zona rural.

### **4.3 TIEMPO DE ESTUDIO:**

El estudio se realizó durante los doce meses del año 2010.

### **4.4 POBLACIÓN Y MUESTRA**

**4.4.1 Población** La población objeto de estudio corresponde a la totalidad de las personas pertenecientes a zona rural del municipio de Tierralta, Córdoba.

**4.4.2 Muestra** Se realizó un muestreo por conveniencia, en la totalidad de los participantes de un macroproyecto de asociación entre malaria y geohelminthos.

#### **4.5 CRITERIOS DE INCLUSIÓN**

Residir en la zona de estudio.

Ser participante del macroproyecto asociación malaria – geohelminthos.

Suministrar muestra de materia fecal.

Suministrar datos demográficos.

#### **4.6 CRITERIOS DE EXCLUSIÓN**

No residir en la zona de estudio.

No estar participando del macroproyecto asociación malaria – geohelminthos

No suministrar muestra de materia fecal.

No suministrar datos demográficos.

#### **4.7 PROCEDIMIENTOS**

El proyecto fue ejecutado en dos fases: una fase de campo y una fase de laboratorio.

**4.7.1 Fase de campo** En esta fase fueron recolectadas las muestras proporcionadas por los participantes del estudio, a quienes previamente se les entregó un envase plástico nuevo y limpio, de boca ancha, con tapa rosca y de 250 cc de capacidad. La recolección de las muestras en el municipio de Tierralta se hizo por parte del médico investigador del macroproyecto, quien explico el procedimiento de la toma y registró todos los datos demográficos y



epidemiológicos de los participantes. Las muestras debidamente envasadas fueron depositadas en bolsas plásticas y colocadas en cajas de icopor para mantener un rango de temperatura semejante a la temperatura ambiental y evitar así la muerte de las larvas durante su transporte.

Las muestras fueron enviadas para su análisis desde el municipio de Tierralta a la ciudad de Montería al laboratorio de investigación del Programa de Bacteriología de la Facultad Ciencias de la Salud de la universidad de Córdoba.

**4.7.2 Fase de laboratorio** Al recibir las muestras para su procesamiento, se diligenciaron los formatos correspondientes verificaron sus datos demográficos y epidemiológicos. Una vez realizado el registro de las muestras se procedió a formolizar 2 g de materia fecal por muestra en 12 ml de formol al 10% %, en envases plásticos tapa roscas y luego sellados con papel parafilm para ser refrigerados a 6°C, con la finalidad de ser remitidos al laboratorio de Parasitología de la Universidad Nacional de Bogotá, para realizar exámenes complementarios y el control de calidad. El resto de muestra fue procesada por medio de los métodos de cultivo en placa de agar (Anexo A) y cultivo en papel filtro (Harada-Mori) (anexo C) los cuales se consideraron positivos cuando se visualizaba al menos una larva en el examen microscópico.

## **4.8 CONSIDERACIONES ÉTICAS**

Se siguieron las normas implementadas en la resolución No 008430, emitidas por el Ministerio de Salud “Normas Científicas, Técnicas y Administrativas para la Investigación en Salud “. El consentimiento informado se obtuvo en forma oral ya que fue una investigación con riesgo mínimo para la población de estudio.

#### **4.9 ANÁLISIS DE LOS RESULTADOS**

Los datos demográficos, epidemiológicos y parasitológicos de cada uno de los participantes se sistematizaron en una base de datos en el programa Excel versión 2007. Posteriormente fueron analizados con estadística descriptiva y los resultados se tabularon en tablas y gráficos para un mejor entendimiento.

## 5. RESULTADOS

Durante el periodo de estudio se recolectó un total de 233 muestras de las cuales 135 (58%) fueron positivas para larvas, ver Tabla 1.

Tabla 1. Frecuencia y porcentaje de muestras remitidas

<b>Frecuencia muestras remitidas</b>	<b>%</b>	<b>Frecuencia muestras positivas</b>	<b>%</b>
233	100	135	58

Las muestras provenían de población rural del municipio de Tierralta, Córdoba principalmente de las veredas: Nuevo oriente (9.4%), Santa Ana (8.5%), Campo Bello (8.1%), Alto Guarumal (7.2%), Nueva Unión (5.5%) y Santa Anita (5.5%).

La frecuencia de las muestras positivas se encontró en mayor proporción para la comunidad de Nuevo Oriente con 14(10.3%) muestras positivas. Otras comunidades afectadas correspondieron a: Santa Ana (5.1%), Alto Guarumal, Los Cocos y Nueva Unión (4.4%), Campo Bello y Manantiales (3.7%), la totalidad de las frecuencias y porcentajes de muestras remitidas y positivas por vereda se observa en la Tabla 2.

Las muestras recolectadas de las comunidades de Las brisas, Lorenzo, Puertas negras, Urbano y Villa madeira no mostraron la presencia de larvas de nematodos en ninguna de las técnicas utilizadas

Tabla 2. Frecuencia y porcentaje de muestras remitidas por vereda

<b>Vereda</b>	<b>Frecuencia muestras remitidas</b>	<b>%</b>	<b>Frecuencia muestras positivas</b>	<b>%</b>
Alto Guarumal	17	7.2	6	4.4
Buenos Aires	4	1.7	4	2.9
Campo bello	19	8.1	5	3.7
Caña fina	4	1.7	3	2.2
El paraíso	10	4.2	4	2.9
Guarumal	4	1.7	2	1.5
Las brisas	4	1.7	0	0
Las pailas	4	1.7	1	0.7
Lorenzo	2	0.85	0	0
Lorenzo arriba	6	2.5	4	2.9
Los cocos	8	3.4	6	4.4
Los pollos	7	3	1	0.7
Manantial	13	3.4	2	1.5
Manatales	6	2.5	5	3.7
Nuevo oriente	22	9.4	14	10.3
Nueva unión	13	5.5	6	4.4
Pasacaballos	8	3.4	3	2.2
Puertas negras	4	1.7	0	0
San clemente	10	4.29	3	2.2
Santa Ana	20	8.5	7	5.1
Santa Anita	13	5.5	3	2.2
Tuis tuis	11	4.7	2	1.5
Urbano	4	1.7	0	0
Villa luz	7	3	2	1.5
Villa madeira	3	1.28	0	0

Las edades de la población parasitada oscilaron entre 5 y 51 años, con una media de edad de 30 años. El grupo etario más afectado estuvo conformado por adultos entre los 21-30 años de edad con 29 (18.5%) muestras positivas, siguiéndole los grupos de edades de 31-40 y 41-50 años con 25 (18.5%) muestras positivas. El grupo de edades menos afectado correspondió al de > de 51 años (3.7%) (Tabla 3).

Tabla 3. Frecuencia y porcentaje de muestras positivas por edades

<b>Edad (años)</b>	<b>Frecuencia de Muestras positivas</b>	<b>%</b>
<4	0	0
5-10	11	8.1
10-15	15	11.1
16-20	21	15.5
21-30	29	21.1
31-40	25	18.5
41-50	25	18.5
>51	5	3.7

Al considerar la presentación de las muestras positivas según el sexo, se observó mayor infección para el sexo masculino (65.2%). (Tabla 4)

Tabla 4. Frecuencia y porcentaje de muestras remitidas según sexo

<b>Masculino</b>	<b>%</b>	<b>Femenino</b>	<b>%</b>
88	65.2	47	34.8

La comparación de las técnicas de cultivo en agar y cultivo en papel filtro (Harada-Mori) se hizo teniendo en cuenta parámetros como:

Procedimiento: en donde se encontró que la técnica de Harada-Mori resulta más ventajosa, ya que no requiere de la previa elaboración de un medio de cultivo, como si lo requiere la técnica de agar. Además en la técnica de Harada Mori, no

se necesita de un personal altamente entrenado y representa menos riesgo para la salud del investigador, teniendo en cuenta que hay menos contacto con las muestras y el formol, sustancia con efectos carcinógenos y que puede causar severos daños a la salud humana.

Costos: los costos resultaron ser mayores en la técnica de agar, ya que esta requiere la utilización de medios de cultivo para la materia fecal. Lo que representa para el laboratorio el uso de instrumentos y materiales como autoclaves, cajas de petri e infraestructura adecuada para llevar a cabo un adecuado procedimiento, lo que genera un aumento en la inversión.

Sensibilidad: la sensibilidad de la técnica de cultivo en papel filtro en el hallazgo de larvas en general, fue mayor 51.1%, que la encontrada para la técnica de cultivo en agar 48.9%.

El tipo de larvas identificadas en mayor proporción correspondieron a las larvas de vida libre (62.2%) siguiendole la larvas de uncinaria (37.7%) y en menor proporción las de *S. stercoralis* (0.42%). Al identificar el tipo de larva por técnica utilizada los resultados mostraron que tanto por la técnica de cultivo en agar como por la técnica en papel filtro las larvas identificadas en su mayoría eran de vida libre. Con 25.9% para la técnica de cultivo en agar y 35.5%, ver tabla 5 y grafico 1.

Tabla 5 Frecuencia y porcentajes de larvas según técnicas diagnosticas

Cultivos	larvas identificadas		Larvas de vida libre		Larvas de uncinarias		Larvas de <i>S. stercoralis</i>	
	Fcia	%	Fcia	%	Fcia	%	Fcia	%
Cultivo en agar	66	48.9	35	25.9	30	22.2	1	0.42
Cultivo en papel filtro	69	51.1	48	35.5	21	15.5	0	0
Total	135	100	83	61.4	51	37.7	1	0.42

Teniendo en cuenta que solo un caso de infección por *S. stercoralis* fue detectado en el tiempo de estudio y que la totalidad de la población participante fue de 233 personas con sus respectivas muestras de materia fecal, se estimo una prevalencia de 0.42%.

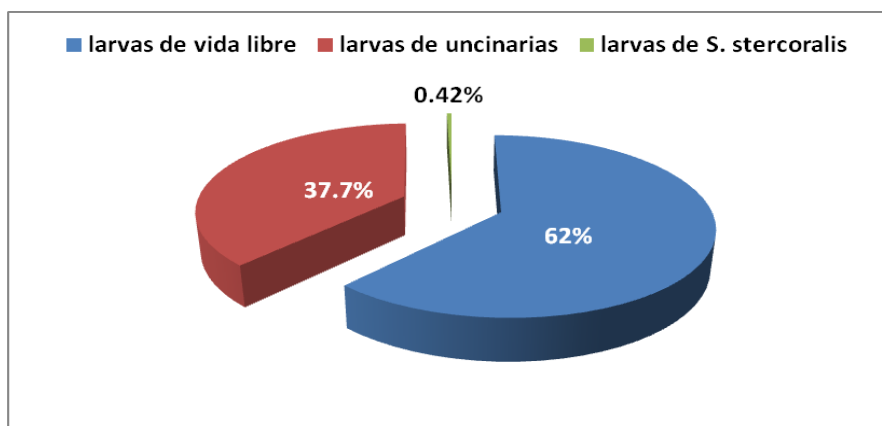


Gráfico 1. Porcentaje de larvas identificadas en el estudio

## 6. DISCUSIÓN

En nuestro país el diagnóstico de las infecciones por nematodos intestinales se realiza principalmente por medio de exámenes directos con solución salina y lugol. Técnicas que presentan grandes deficiencias a la hora de hacer un diagnóstico correcto, ya que la realización de un solo examen de heces tiene una sensibilidad del 30%. Por ello la necesidad de usar técnicas que permitan la detección y visualización de estructuras diagnosticas poco frecuentes como son las larvas. En éste estudio se compararon dos técnicas de cultivo para larvas encontrándose un gran número de larvas de vida libre, y menor proporción larvas de uncinarias y de *S. stercoralis*. Asimismo se encontró la presencia de otras estructuras parasitarias como quistes de protozoos, situación que ha sido documentada en estudios sobre la prevalencia y diagnóstico de algunas helmintiasis, en donde se muestra una mayor detección de larvas de ancilostomas, además se ha demostrado también la alta prevalencia de protozoos intestinales. (Carpio *et al.*, 2007).

La técnica de Harada- Mori representa en el laboratorio un método sencillo y eficaz en el diagnóstico de nematodos intestinales, ofrece poca dificultad técnica (Okolie, 2007), y en su procesamiento no existe un contacto directo con larvas recuperadas, las cuales por su movilidad son altamente infecciosas. El cultivo en agar requiere de mayor exposición a las larvas infectantes, y a sustancias como el formol el cual puede repercutir negativamente en la salud del personal encargado de realizar el proceso. Kitvatanachai y Pipitgool (1999), recomiendan el uso de esta técnica, por los bajos costos que representa y la alta sensibilidad que tiene en el diagnóstico de infecciones por uncinarias (Kitvatanachai. 1999).



Como se menciono anteriormente, Las técnicas de cultivo para larvas han demostrado en los últimos años gran sensibilidad en el diagnostico de las parasitosis por nematodos, como lo reporta Franceschi y Finali en una investigación realizada en una comunidad del municipio de Sucre estado Bolívar (Venezuela), donde encontraron gran rendimiento de cultivo en agar en el diagnostico e identificación de larvas de nematodos y especialmente *Strongyloides stercoralis*. (Franceschi, 2008). Los resultados de nuestro estudio demuestran que la técnica de cultivo en papel filtro permite una mayor identificación de larvas de nematodos intestinales, sin embargo no fue posible identificar larvas de *Strongyloides stercoralis* por ésta técnica. La identificación de éstas larvas se logro por el método de cultivo en agar, esto concuerda con lo reportado por Kitvatanachai y Pipitgool quienes, comprobaron una sensibilidad de 100% en el diagnostico de larvas de *Strongyloides stercoralis* en una provincia del norte de Tailandia, por medio de este método. Esta situación concuerda con la literatura que dice que aunque los medios de cultivo tienen mayor sensibilidad para identificación de larvas, es el método de cultivo en agar el indicado para *S. stercoralis*. (Lauchong, 2005).

En un estudio realizado por Figuera, y Ramírez, se comprobó que la técnica de agar además de presentar una alta sensibilidad en el diagnostico de *S. stercoralis* también permite la observación de las formas evolutivas del parásito. Además de esto también es importante mencionar que la cantidad de muestra del cultivo en agar, aumenta significativamente la probabilidad de encontrar formas larvarias de diferentes nematodos, ya que esta utiliza hasta 3 gramos de materia fecal, en cambio la técnica de Harada, solo utiliza una pequeña porción de heces que no en todos los casos va a ser representativa. (Carrada *et al.*, 2008). Aunque muchos autores hagan énfasis en las limitaciones en su procedimiento su alta sensibilidad justifica su utilización en investigaciones de nematodos. (Franceschi, 2008).

Presumiblemente, la superioridad de las larvas encontradas a partir del método de Harada pudo deberse a que el tiempo de incubación en este procedimiento (72 horas) es mayor con respecto al de la técnica de agar. (48 horas). Diversos autores afirman que al aumentar el tiempo de incubación del cultivo en agar (Jongwutiwes, 1999), La probabilidad de detectar al menos 3 nuevos casos aumenta en un 80%. (Carrada *et al.*, 2008).

Las larvas identificadas en nuestro estudio en su mayoría correspondían a larvas de vida libre, diversos factores como la toma de muestra pudieron repercutir directamente en este resultado, ya que la materia fecal era recolectada por los participantes en el estudio. Esto pudo traer como consecuencia negativa para el análisis de las muestras una contaminación de las mismas. Otro factor importante es el transporte de las heces, lo cual se considera un punto crítico, ya que las larvas, son muy sensibles a los cambios de temperatura y pueden destruirse con facilidad. Sin embargo nuestro estudio demuestra una gran circulación de larvas de uncinarias, lo que sugiere que esta población no realiza una adecuada eliminación de excretas y que la higiene y el saneamiento ambiental, representan un riesgo para su salud.

Las condiciones de humedad y vegetación que posee esta región representan un factor predisponente para la adquisición de la infección. Diversos estudios realizados en zonas con las mismas características topográficas han demostrado la alta prevalencia de geohelminthos en estas áreas. (Paiboon, 2003)

La prevalencia de *Strongyloides stercoralis*, encontrada en el estudio, fue muy baja con relación a los reportes de otras investigaciones, en donde se observan prevalencias hasta de un 38.5%, (Lauchong, 2005). Otros estudios reportan

prevalencias más bajas para estrongiloidiasis. En el estudio realizado por Carpio y Diaz en una población escolar de la provincia de Huaral departamento de Lima, Perú, se observó una prevalencia de 1.1%. Fallas y Hernández encontraron una prevalencia de 1%, en paciente VIH positivos remitidos al hospital San Juan de Dios de costa rica, analizaron la materia fecal de los pacientes por medio de tres métodos coporoparasitologicos. Esto sugiere que la prevalencia del parasito es cambiante y que lo resultados obtenidos en nuestro estudio coinciden con bajas prevalencia de éste nematodo reportada en otras investigaciones. Cabe señalar que la muestra con larvas de *strongyloides stercoralis* identificada en nuestro trabajo pertenecía a una mujer adulta, teniendo en cuenta que entre los factores de riesgo para la adquisición de esta infección en la zona estudiada se encuentra la exposición a suelos contaminados, se puede inferir que la paciente pudo estar expuesta a labores agrícolas y al campo, donde presumiblemente adquirió la infección. Este resultado no concuerda con lo documentado por otros autores que afirman que la población con mayor riesgo expuesta a la estrongyloidioidais corresponde a campesinos dedicados a labores agrícolas (Carrada, 2008). Sin embargo en nuestro estudio se pudo comprobar que la población más afectada por larvas estuvo representada por hombres adultos dedicados a labores del campo en su mayoría.

El cultivo en agar de materias fecales sugiere un procedimiento ventajoso, y resulta de gran importancia para determinar la prevalencia de infección por nematodos, como *Strongyloides stercoralis* en una población, ya que permite determinar resultados reales de esta parasitosis, evitando así el subregistro de los casos por la falta de implementación de técnicas adecuadas de diagnóstico. Sin embargo es posible encontrar mayor numero de formas larvarias a través de la técnica de Harada-Mori, por tanto seria de gran ayuda la incorporación de la mismas en los laboratorios clínicos, sobre todo por no requerir de equipos ni reactivos especiales para su realización y permitir el fácil diagnostico de

nematodos intestinales en casos donde la eliminación de huevo en materia fecal no es constante y se dificulta la observación de las larvas.

## 6. CONCLUSIONES

Aunque la técnica de Cultivo en papel filtro tiene mayores ventajas en cuanto al procedimiento y costos en su realización, para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis* no resulta ser tan sensible como la técnica de cultivo en agar.

Existe gran circulación de larvas de nematodos intestinales en la población rural del municipio de Tierralta, lo cual evidencia deficiencias en las condiciones de saneamiento ambiental que repercuten negativamente en la salud de la comunidad.

La baja prevalencia de *Strongyloides stercoralis* estimada en este estudio puede estar influenciada por el hecho de no haber realizado cultivos de muestras seriadas en la población participante.

## 7. RECOMENDACIONES

- Al momento de realizar nuevas determinaciones de la presencia de *S. stercoralis* en la población rural del municipio de Tierralta, se recomienda trabajar con un tamaño de muestra mayor y un periodo más extenso de estudio , teniendo en cuenta que la presencia de este parasito es un evento de baja prevalencia a nivel nacional.
- 
- Se deben considerar ajustes en algunos aspectos técnicos como por ejemplo: acortar el tiempo entre el transporte y procesamiento de la muestra, alargar el periodo de incubación de los diferentes cultivos, recolectar y estudiar muestras seriadas e instruir a la población sobre la importancia de la adecuada toma de muestra.
- 
- Se recomienda implementar estas técnicas de cultivo diagnosticas en los laboratorios clínicos de rutina y en los de diagnostico veterinario, ya que de esta forma se facilitaría la identificación de las diferentes especies de nematodos, especialmente del genero *Strogyloides*. También es importante junto con la implementación de los cultivos disponer de microscopios con mayor poder de resolución y aumento que permitan identificar las diferentes estructuras morfológicas características de las diferentes especies.

## BIBLIOGRAFÍA

- AGRAWALA Vinita, AGARWALA Tanu, GHOSHALB Uday C. Intestinal strongyloidiasis: a diagnosis frequently missed in the tropics. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene (2009) 103, 242—246
- ARANGO, José Humberto. *Strongyloides stercoralis* .Colombia medical. (29) N° 1, 1998.
- BOTERO D., RESTREPO M. 1998. Parasitosis humanas. 3ra ed. Corporación para Investigaciones Biológicas. Medellín. pp. 196-214.
- CARRADA, Teodoro. Strongyloides stercoralis: Ciclo vital, cuadros clínicos, epidemiología, patología y terapéutica. Rev Mexicana de Patología Clínica, Vol. 55, Núm. 2, pp 88-110 • Abril - Junio, 2008
- Chacón N, Contreras R, Márquez W, Salinas R, Romero J. Importancia de la referencia médica en el diagnóstico de parasitosis intestinales por métodos coproparasitológicos. Rev Fac Med. 2007;30(1):90-96.
- CARPIO Ines, REYES Jaqueline, TRELLES Miguel *et al.*, Presencia De *Strongyloides Stercoralis* En Un Studio Sobre Enteroparasitosis En Escolares Del Asentamiento Humano La Candelaria Distrito De Chancay Provincial De Huaral. Departamento de Lima. Acta médica peruana. Vol 24 no 003. Pp 177-180.
- CORREDOR A, ARCINIEGAS E, HERNÁNDEZ C.A, CÁCERES E, CASTAÑO De ROMERO L, ESTUPIÑÁN D, *et al.* 2000. Parasitismo Intestinal. 1° ed. Santa Fe de Bogota. D.C.: División de Biblioteca y Publicaciones – Instituto Nacional de Salud.

- DREYER, G., FERNÁNDEZ-SILVA, E, ALVES, S., ROCHA, A, ALBUQUERQUE, R. and ADDISS, D. 1996. Patterns of detection of *Strongyloides stercoralis* in stool specimens: implications for diagnosis and clinical trials. J. Clin. Microbiol. 34:2569 - 2571.
- CARPIO Ines, REYES Jaqueline, TRELLES Miguel *et al.*, Presencia De *Strongyloides Stercoralis* En Un Estudio Sobre Enteroparasitosis En Escolares Del Asentamiento Humano La Candelaria Distrito De Chancay Provincial De Huaral. Departamento de Lima. Acta médica peruana. Vol 24 no 003. Pp 177-180.
- FALLAS, Silvia, HERNANDEZ, Francisco, MORA, Nury *et al.* *Strongyloides stercoralis*: una discusión sobre su diagnóstico coproparasitológico y su prevalencia en pacientes positivos por el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). Acta méd. costarric, mar. 2000, vol.42, no.1, p.31-34. ISSN 0001-6002.
- FIGUERA, L; RAMÍREZ, E; MERCHÁN, E *Strongyloides stercoralis*: prevalencia y evaluación del diagnóstico utilizando cuatro métodos coproparasitológicos, Rev. Soc. Venez. Microbiol;22(2):199-202, jul.-dic. 2002
- FRANCESCHI, Gabriela, ANGULO Verónica, AMARO Ernesto. Comparación de técnicas para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis* .Revista de Universidad de Oriente, Venezuela.Vol. 20 N° 3: 288-296. 2008
- FREEDMAN D.O. 1991. Experimental infection of human subject with *Strongyloides* species. Rev. Infect. Dis. 13:1221–1226
- GARCÍA, Lynne Shore. Practical guide to diagnostic parasitology. ASM Press, 1999 pág 115



- GENTA R.M. 1989. Global prevalence of strongyloidiasis: critical review with epidemiologic insights into the prevention of disseminated disease. *Rev. Infect. Dis.* 11:755–67
- GHOSHAL UC, Alexender G, GHOSHAL U, TRIPATHI S, KRISHNANI N. *Strongyloides stercoralis* infestation in a patient with severe ulcerative colitis. *Indian J Med Sci* 2006;60:106—10.
- HERRERA, J., Marcos, L., TERASHIMA, A., ALVAREZ, H., SAMALVIDES, F., GOTUZZO, E., 2006. Factors associated with *Strongyloides stercoralis* infection in an endemic area in Peru. *Rev. Gastroenterol. Peru* 26, 357—362.
- INSTITUTO NACIONAL DE SALUD. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Serie de normas técnicas N° 37, Lima – Perú, 2003
- JONGWUTIWES, Somchai. CHAROENKORN malee, Increased sensitivity of routine laboratory detection of strongyloides stercora/is and hookworm by agar-plate culture transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene (1999) 93,398-400.
- KEISER P.B., NUTMAN T.B. 2004. *Strongyloides stercoralis* in the Immunocompromised population. *Clin. Microbiol. Rev.* 17:208-217.
- KITVATANACHAI S, PIPITGOOL V (1999) Efficacy of three methods in the detection of hookworm and *Strongyloides stercoralis* infections. *Journal Tropical Medicine Parasitology* 22: 80–81
- KOZUBSKY, Leonora, ARCHELLI, Susana. Consideraciones sobre la biología y el diagnóstico de strongyloides stercolaris. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana* 2004; 38 (3): 333-8

- LAU CHONG Carolina, SAMALVIDES CUBA Frine1, TERASHIMA IWASHITA Angélica, Evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidiasis por *Strongyloides stercoralis*. *Rev Med Hered* 16 (1), 2005 11.
- LIN S., KATZ K., KRAJDEN S., FUKSA M., KEYSTONE J.S., KAIN K. 2004. Complicated and fatal *Strongyloides* infection in Canadians: risk factors, diagnosis and management. *Can. Med. Assoc. J.* 171:479-484.
- LOPEZ. María E. Centro Nacional de Investigaciones Disciplinarias en Parasitología Veterinaria, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, SAGARPA. Cuernavaca-Cuautla, Col Progreso, Jiutepec, México.
- MORAES G. J. DE, E. L. M ELO AND M. G. C. G ONDIM J R. Evaluation of Three Methods for Laboratory Diagnosis of *Strongyloides stercoralis* Infection. *The Journal of Parasitology*. Vol. 79, No. 2 (Apr., 1993), pp. 277-280. <http://www.jstor.org/stable/3283519>
- NAVONE, Graciela T. GAMBOA, María I. Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por tres diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. *Revista Latinoam Parasitol* 60: 178 - 181, 2005
- OKOLIE N, J C. Aplicattion of Harada-Mori's culture method of differentiating howkworm species in two major cities of souther Nigeria. *Research journal of mediadl sciencies* 1 (1): 16-20 2007.
- ORDÓÑEZ L.E. Angulo E.S. 2002. Desnutrición y su relación con parasitismo intestinal en niños de una población de la Amazonía colombiana. *Biomédica* 22: 486 – 98

- PAIBOON sithithaworn, TUANCHAI srisawangwong , SMARN tesana , WEERAYUTT daenseekaew, JIRAPORN sithithaworn , YASUNORI fujimaki and katsuhiko. Epidemiology of *strongyloides stercoralis* in north-east thailand: application of the agar plate culture technique compared with the enzyme-linked immunosorbent assay transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene (2003) 97, 398-402
- PELLETIER L.JR., GABRE-KIDAN T. 1985. Chronic strongyloidiasis in Vietnam veterans. Am. J. Med. 78:139–140.
- REYES P, AGUDELO C.A, MONCADA L.I, CÁCERES E, LÓPEZ C, CORREDOR A, MORA M, ÁLVAREZ C, *et al.* 1999. Desparasitación masiva, estado nutricional y capacidad de aprendizaje en escolares de una comunidad rural. Revista de salud Publica, 1(3):255-264.
- RIVERA, Hector. Manual de micología y parasitología. Universidad de baja california. 2007
- SUVAJDZIC N, KRANJCIC-ZEC I, JOVANOVIC V, POPOVIC D, Colovic M. Fatal strongyloidosis following corticosteroid therapy in a patient with chronic idiopathic thrombocytopenia. Haematologia (Budap) 1999; 29: 323-326.
- TULLIS T.C. 1970. Bronchial asthma associated with intestinal parasites. N. Engl. J. Med. 282:370–372
- Universidad de los andes, departamento de biologia. Diagnóstico parasitológico de nematodos, técnica de faust, baermann, stoll, estimación de carga parasitaria. Métodos coproparasitológicos de concentración y cultivo. [usuarios.multimania.es/paraelsa/manual04/practica-8.htm](http://usuarios.multimania.es/paraelsa/manual04/practica-8.htm). (12 de noviembre de 2010)

## **ANEXO A.**

### **PROTOCOLO TECNICA DE CULTIVO EN AGAR**

- Se marca la caja de Petri, la cual contiene agar agar nutritivo, con el número de identificación de la muestra y fecha.
- Colocar 2gr d materia fecal en el centro de la caja Petri.
- Sellar la caja con parafilm.
- Dejar la caja a temperatura ambiente durante 48 horas.
- Observar a simple vista o al microscopio la formación de canales en el agar.
- Agregar 10 ml de formol al 10% y lavar la superficie del agar con esta solución.
- Recolectar la suspensión en un tubo y centrifugar a 500 rpm por 5 minutos.
- Realizar un montaje directo en solución salina y lugol del sedimento obtenido.
- Examinar al microscopio el sedimento obtenido y reportar la presencia y/o ausencia de larvas.

## **ANEXO B.**

### **PROTOCOLO PREPARACIÓN DE AGAR NUTRITIVO.**

- Pesar y agregar el agua, la cantidad correspondiente de agar.
- Mezclar y esterilizar en autoclave.
- Distribuir en cajas de Petri 9 ml de agar.
- Dejar el medio a temperatura ambiente (25°C) por cuatro días.

## **ANEXO C.**

### **PROTOCOLO TECNICA DE CULTIVO EN PAPEL FILTRO (HARADA MORI)**

- Homogenizar 2 gr de materia fecal con 0.5 ml de agua destilada estéril
- Con un baja lenguas, esparcir la materia fecal homogenizada sobre los 10 cm centrales de la tira de papel filtro. Dejando libre 2 cm en cada extremo
- Introducir la tira de papel sembrada en un tubo, previamente marcado, que contiene 2 ml de agua destilada estéril evitando que la zona con la muestra tenga contacto con el agua.
- Cerrar el tubo y colocarlo en una gradilla
- Incubar a 26 °C durante 72 horas
- Descartar la tira de papel filtro y agregar 0.5 ml de formol al 10%
- Centrifugar a 500 rpm por 5 minutos
- Realizar un montaje directo en solución salina y lugol del sedimento obtenido
- Examinar al microscopio el sedimento obtenido y reportar la presencia y/o ausencia de larvas.

